

# **GUIA ILUSTRADA DAS METODOLOGIAS E DAS OBSERVAÇÕES**

**SISTEMAS DE PLANTIO DIRETO E PACOTES  
TECNOLÓGICOS PARA AS CULTIVARES DE ALGODÃO DA  
COODETEC E DEMAIS NO MATO GROSSO**

**Aditivo 2: Pragas e biodiversidade nos sistemas de cultivo algodoeiros  
do Mato Grosso e avaliação dos riscos fitossanitários na safrinha**

**Safra 2003- 2004**

**Dr. Pierre Silvie  
Outubro 2003**

# **OBSERVAÇÕES NOS SISTEMAS DE CULTIVOS**

## **Introdução**

Devido às trocas de pessoas responsáveis das observações (estudantes, monitores de pragas) no projeto Facual desenvolvido esse último ano no dispositivo da fazenda Mourão, emergiu a necessidade de escrever uma guia das metodologias e das observações na área da entomologia.

Uma vez definida a metodologia a ser usada em função do tipo de planta a observar (lavoura ou plantas hospedeiras no interior ou fora do sistema de cultivo) é recomendado olhar a secção explicando em forma mais detalhada a metodologia escolhida.

A seleção de uma, ou mais metodologias, será relacionada ao desenvolvimento da lavoura no decorrer do tempo, e pode ser dificilmente definida de maneira antecipada, com uma programação rígida por exemplo a partir do número de dias após emergência (DAE). Os métodos adotados e a quantidade de observações dependem também dos recursos humanos disponíveis.

O dispositivo das 14 primeiras faixas (Nº 1 a 14) é repetido, com uma adubação reduzida, na parte de baixo (Nº 15 a 28). Na primeira safrinha de observação (2003) achamos diferenças entre as infestações de algumas pragas entre os mesmos sistemas de baixo e de cima. Então é recomendável fazer cada vez uma duplicação da observação efetuada em cima (por exemplo na parcela Nº 5) sobre a parcela do mesmo sistema na parte de baixo (agregação de 14, ou seja a parcela Nº 19).

Em relação com os aspectos propriamente entomológicos (coleta, conservação, identificação, preparação, etc.) as técnicas figuram nos Anexos com as fotos dos materiais usados.

## **1. Classificação do tipo de observações por planta**

O escolher de um método é uma coisa lógica. O primeiro trabalho a fazer é olhar o desenvolvimento da planta ou das plantas no caso de um consórcio (do sistema de cultivo em forma geral). Desta forma vai se definir a necessidade de usar ou não uma ferramenta de observação (rede de Noyes, pano-de-batida, armadilha...) ou começar as observações diretamente nas plantas. Geralmente é bom recuperar manualmente os ovos, as larvas desconhecidas (de lepidópteros, de percevejos...), os insetos aparentemente parasitados (lagartas, larvas de joaninhas, sirfídeos, crisopas, etc.), ou infectados por um entomopatógeno para fazer uma criação (ou identificação) separada.

## 1.1 Soja

Nas plântulas, é possível observar diretamente a presença de certos insetos, tais como os tripes, cigarrinhas, lagartas, percevejos (observação direta qualitativa ou quantitativa).

Essa lavoura, uma vez fechada, não pode ser facilmente observada visualmente. A metodologia básica empregada é o pano-de-batido (tipo Embrapa-Soja).

Mas para avaliar o grau de infecção das lagartas pelo fungo *Nomuraea rileyi* ou a virose de tipo *Baculovirus* da *Anticarsia*, é preciso entrar na lavoura e recuperar lagartas (pelo menos 100) nas folhas para definir a porcentagem de micose no laboratório. A forma de recuperar é importante, melhor pegar diretamente as folhas com as lagartas e separar por categoria no laboratório (lagartas vivas ou mortas). O tamanho da lagarta pode ser considerado também (classificando-as basicamente em inferior ou superior a 10 mm de comprimento).

No momento da produção das vagens, é possível fazer uma avaliação direta da qualidade delas (observação direta quantitativa).

## 1.2 Algodão

As mesmas metodologias pode ser usadas do que no caso da soja, quando as plantas são pequenas. O pano-de-batida somente pode ser usado quando a vegetação esta fechada, mas é preferencial o uso de uma pano vertical.

A rede de Noyes pode ser usada também sobre as plantas (parte de cima somente), ademais das observações diretas qualitativas ou quantitativas.

## 1.3 Milho

Observações diretas (qualitativas e quantitativas) podem ser feitas nas plântulas, e mais tarde sobre os diversos órgãos, que sejam as folhas ou os cartuchos. As análises do material podem ser feitas no laboratório após a colheita dos órgãos no campo.

## 1.4 Arroz

A rede de Noyes pode ser usada neta planta com muita eficiência, como em quaisquer cereais de uma certa altura. Observações diretas são úteis para detectar a presença dos bichos antes do uso da rede. Em particular pela detecção dos percevejos que vivem escondidos na parte de baixo.

A rede de lepidópteros tem que ser usada somente quando se trata de capturar um lepidóptero adulto, ou um inseto voante para não machucar a rede de varredura.

## 1.5 Plantas de coberturas

Nos sistemas da fazenda, nesta safra 2003-2004, as plantas seguintes poderão ser encontradas como plantas de cobertura, em particular no ensaio de nematologia (parcela F do dispositivo):

*Arachis pintoii* (parcela B)  
*Cajanus cajan* (“guandu”)  
*Eleusine coracana* (“pê de galinha”)  
*Sorghum bicolor* (“sorgo”)  
*Brachiaria ruziziensis* (“braquiaria”)  
*Crotalaria juncea*  
*Crotalaria spectabilis*  
*Raphanus sativus* (“nabo forrageiro”)  
*Sesamum indicum* (“gergelim”)  
*Pennisetum glaucum* (“milheto”)

A rede de Noyes será o método principal de coleta de insetos, quando as plantas atingem uma altura adequada para isso. Pode ser usada fazendo classicamente redadas ou como ferramenta de recuperação de bichos. Neste caso, os órgãos analisados (inflorescências por exemplo), em numero conhecido (100), são batidas diretamente na rede após a introdução na parte de cima.

Levantamentos manuais (visuais) poderão ser feitos em função dos grupos de insetos encontrados, sobre uma certa quantidade (100 é o mínimo) de órgãos ao caso, se for possível, como no caso das vagens de *Cajanus*, flores de *Arachis* e *Cajanus*, cartuchos de sorgo, panículas de *Eleusine*.

No caso dos pulgões, é possível colocar as colônias em gaiolas para a obtenção de adultos com asas, de parasitos ou para a criação de larvas de predadores tais como joaninhas, sirfídeos, crisopas ou Hemerobiidae.

## 1.6 Plantas hospedeiras fora dos sistemas

As pragas das lavouras e seus inimigos naturais podem ser ou são hospedadas sobre outras plantas que crescem fora dos sistemas de cultivo, em áreas abertas ou no Mato.

A observação direta é a base de tudo. Uma vez detectada a presença de um inseto interessante, um levantamento mais quantitativo pode ser feito, por exemplo, análise dos bichos presentes sobre 100 folhas, 100 vagens, 100 flores.... Sempre será importante mencionar a presença de ovos e larvas, o que revela que a planta é efetivamente hospedeira daquele inseto.

## 2. Classificação por tipo de metodologia de observação

### 2.1 Observação direta

Trata-se de uma observação visual, com ou sem lupa, diretamente no campo sobre as plântulas, ou diferentes partes das plantas.

#### 2.1.1 Qualitativa

Essas observações são básicas e muito úteis para detectar a presença de um inseto (vivo ou morto) numa planta, que seja o estagio adulto que se alimenta, ou fica somente na planta, os ovos ou as fases de desenvolvimento larvais. Neste caso, se pode falar realmente de planta hospedeira. Para a detecção de alguns patógenos tais como os fungos, ou certos ácaros, é preciso realmente usar uma pequena lupa (x 20).

Nosso objetivo será de identificar essas plantas hospedeiras. O valor das observações é melhorar nosso conhecimento da biologia do inseto. O mês de presença (ou de ausência) de cada espécie será definido. Aproveitaremos para tentar a identificação, após a criação até o estagio adulto, dos instares jovens dos percevejos desconhecidos ou das lagartas.

#### 2.1.2 Quantitativa

Com as observações quantitativas, é possível definir vários parâmetros em relação com a dinâmica das pragas (ou dos seus danos) ou da população de inimigos naturais. Também é possível definir um ratio pragas-inimigos naturais e analisar estatisticamente as capturas.

Vai ser possível definir no decorrer do tempo:

1/ O numero de órgãos atacados por uma praga (expressido em porcentagens geralmente) ou uma doença

Exemplos:

% de botões (ou maçãs) atacados pelo bicudo (ou outra praga) (sobre um total de 100 coletados em cada faixa da forma indicada)

% de plantas de milho atacadas por lagarta de *Spodoptera frugiperda*

% de plantas de algodão atacadas pelos tripses

% de tigüeras com danos de larvas minadoras, ou sintomas da “doença azul”

Nestes exemplos, é preciso olhar no campo, ou coletar e observar logo no laboratório, uma quantidade conhecida e importante (até 100 se for possível), de órgãos padronizados: vagens de tamanho ou idade determinado, botões florais, flores, maçãs verdes ou maduras, folhas de idade ou tamanho definido, cartucho de milho ou de outras cereais, espigo, plântulas (tigüeras), etc. Geralmente, 25 órgãos são coletados sobre 4 fileiras por faixa, segundo as instruções do melhorista (o Jean) ou fitotecnista (o José).

2/ A evolução da percentagem de pragas parasitadas por um inseto ou infectadas por um fungo.

Exemplos:

- % de pulgões parasitados
- % de lagartas infectadas por um fungo
- % de ovos parasitados
- % de adultos de percevejos parasitados

As avaliações do parasitismo ou da infecção por fungos (ou outros patógenos) podem ser feitas com a idéia de ter uma imagem instantânea em vista a uma tomada de decisão de não aplicação, ou com uma visão relacionada à dinâmica do inimigo natural, com o estudo da evolução (dinâmica) do parasitismo ou da população infectada. Tem que lembrar que os insetos aparentemente sadios no campo (pulgão ainda móvel, lagartas,...) podem ser parasitados ou infectados e que a única forma de avaliar corretamente o parasitismo é de fazer a criação desses insetos vivos também.

O parasitismo pode afeitar todos os estágios de desenvolvimento dos insetos: ovos, larvas e ninfas, pupas ou adultos.

A forma mais adequada de levantar a taxa (porcentagem) de parasitismo é de recuperar pelo menos cem (100) unidades, ou seja, 100 ovos, larvas, lagartas, ninfas, pupas, adultos e de criar os bichos.

Olhar nos Anexo o que fazer com ovos, larvas de joaninhas, lagartas, pupas ou crisálidas.

No caso dos adultos de percevejos, o ovo do parasito é geralmente bem visível, no tórax, ou perto da cabeça. De vez em quando, o ovo esta escondido abaixo do inseto. A única forma de obter o parasito adulto é manter o percevejo vivo na planta hospedeira até a saída da larva da mosca parasita. Por isso, a rede de Noyes não pode ser utilizada, só um levantamento visual antes da coleta manual dos adultos parasitados.

## 2.2 Pano-de-batida

Este lençol branco se coloca no chão, abaixo das plantas, 10 vezes ao caso no comprimento de uma parcela de 100m, nas entrelinhas definidas pelas observações.

As plantas laterais são batidas acima da tela e os insetos coletados da forma seguinte:

- larvas de percevejos: contadas por espécie (ou morfologia quando a espécie ainda não é conhecida) e criadas até o estagio adulto. Para este fim elas são recuperadas com um pequeno aspirador.



- lagartas : contadas e criadas por espécie a fim de detectar a presença de parasito ou de fungo. O trabalho é meticoloso e precisa de tempo, mas dá resultados bons.

Geralmente, os adultos voantes escapam ao processo da contagem. A presença somente será registrada.

**Lembra** : os níveis de controle, pelo controle químico dos percevejos, são de 2 percevejos/pano em campos de produção de sementes e 4 para lavouras destinadas à produção de grãos (consumo), isso somente durante as fases de desenvolvimento das vagens (estágios R3-R4) e de enchimento dos grãos. A observação é de uma vez por semana. Os instares 3 devem ser agregados ao numero de adultos. Pelas lagartas de grande tamanho (1.5 cm), o nível de controle é de 40 lagartas/pano-de-batida, na emergência das plantas e período vegetativo e até o enchimento dos grãos, ou quando a desfolha atingir 30% antes da floração, 15% depois. E recomendado agregar sal de cozinha na calda de aplicação (0.5% ou seja 500g/100 litros)

### 2.3 Rede de Noyes

Essa rede imaginada pelo pesquisador inglês J. Noyes é de forma triangular para aumentar o numero de bichos capturados.

E usada para fazer “redadas”, ou seja uma ida e volta sobre as plantas. Para nos, UMA redada é constituída pelo movimento alternativo ida e volta. Para outros, uma redada é somente a ida OU a volta.

O numero básico de redadas para cada faixa é de 25. No caso de uma infestação particularmente forte, é possível reduzir este valor até 10. Ao contrario, se a rede não pega nada com 25 redadas, ou pouca coisa, é possível aumentar este valor até 30 ou mais.



Uma vez efetuadas as redadas, tem que fechar rapidamente a rede e matar todos os insetos num frasco (de vidro transparente de preferência). Uma forma pratica de conseguir isso é de introduzir a parte final da rede no frasco e aguardar que o produto (acetato etílico) mata bem os insetos.

A triagem dos insetos é feita no laboratório. Os maiores a corpo duro são colocados numa capa de algodão. Os mais pequenos, a corpo mole, podem ser colocados numa mini capa de algodão ou no álcool (tubinhos, frasquinhos, tubos Eppendorf). Outros detalhes serão dados no momento oportuno sobre que tipo de inseto é conservado a seco mas é possível de fazer a recomendação geral seguinte: conservar a seco os pequenos insetos de tipo percevejos que tem um corpo duro, com a exceção dos Mirídeos.

As larvas ou lagartas mortas podem ser conservadas para uma identificação posterior, se for possível. Este método é destrutivo.

## 2.4 Pano vertical

Ainda não temos esta ferramenta simples que consista em um tela branca vertical, de 1 m de largura, equipada de um semi tubo de PVC na parte de baixo para recuperar os insetos que caem, que se aplica no lado das plantas a estudar. Este tipo de pano foi usado na Argentina para analisar a fauna dos algodoeiros Geneticamente Modificados (GM).

Esta ferramenta seria usada basicamente para o algodoeiro, ou as plantas do mesmo tamanho.

## 2.5 Aspirador

O pequeno aspirador manual é destinado a recuperar os pequenos insetos diretamente nas plantas. Existem vários modelos, os maiores deles permitem capturar insetos do tamanho de um percevejo.

Existem aspiradores motorizados que seriam provavelmente uma forma pratica de capturar os insetos das palhadas.

## 3. Monitoramento com armadilhas

### 3.1 armadilhas com feromônios

Dois tipos de feromônios serão empregados na fazenda: **feromônio sexual**, para os lepidópteros, que atraem os machos (lepidópteros adultos) de **feromônio de agregação**, no caso do bicudo. Tem que lembrar que as armadilhas não estão previstas para reduzir as populações das pragas, somente pelo seguimento da evolução das capturas e a detecção da entrada dos adultos na lavoura. .

#### 3.1.1 bicudo

10 armadilhas da empresa ISCA tecnologias serão usadas, cada uma dela com um numero (de 01 a 10) e colocada a 150 m de distancia entre elas. E preciso trocar o feromônio e a placa de inseticida cada 15 dias. Levantar o numero de adultos capturados semanalmente e reportar as informações sobre uma planilha (de tipo Excel) de capturas, armadilha por armadilha.

#### 3.1.2 lagarta rosada

A mesma empresa ISCA vai fornecer 6 armadilhas. Trata-se do padrão telhado “delta” (muito clássico) com um fundo adesivo branco. A colocação será de uma cada 200 m aproximativamente para cobrir a distancia do comprimento total do dispositivo. O mesmo padrão de observação é realizado. O feromônio é trocado cada 30 dias. Tem que anotar as datas de troca do feromônio e de avaliação das capturas.



### 3.1.3 *Spodoptera frugiperda*

A empresa Biocontrole vai forcener 10 armadilhas do mesmo modelo (telhado branco delta) com um feromônio recém registrado, armadilha chamada de **Bio Spodoptera**. O mesmo padrão de observação será efetuado. Como o numero de armadilhas é maior, serão instaladas com uma distancia de 150 m entre elas, ou um pouco menos.

### 3.1.4 Outras espécies

A empresa ISCA comercializa o feromônio da espécie *Agrotis ipsilon*. Duas (2) armadilhas serão colocadas no dispositivo, perto da parcela C.

## 3.2 Armadilha de solo

Chamados de “Pitfalls” (em inglês) ou às vezes de “Alçapão” na literatura brasileira. Não existe um padrão de trabalho com essa ferramenta.

Trata-se de um recipiente, de tamanho variável, que pode ser fechado com uma parte superior em forma de funil, enfiado no chão com os bordos ao nível do solo, para capturar os insetos, ácaros, aranhas, etc. que caminham sobre o solo.

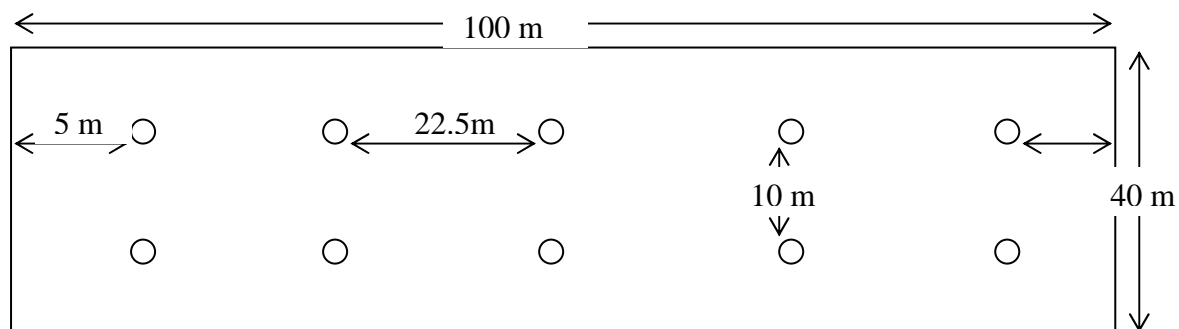
Queremos comparar as capturas feitas nas palhadas de 2 sistemas (S1 e S3, passando a S4 uma vez a cobertura eliminada na S3) com as testemunhas T1 (convencional, solo desnudado) e T2 (semi direto, com um cobertura de milho) para definir a relação entre pragas e inimigos naturais em cada sistema.

Na literatura, a relação entre o numero deste tipo de armadilha e a área de observação pode ser muito variável.

No caso das faixas destinadas ao estudo na safra 2003-2004, ou seja as parcelas 1 (T1), 2 (T2, cobertura de milho), 3 (S1, cobertura de *Eleusine coracana*) e (S3, cobertura de *Brachiaria ruziziensis* mais sorgo), vamos colocar 10 armadilhas em cada faixa, durante 3 dias, ou mais tempo em função do clima (chuvas) em duas fileiras, deixando ume espaço de 5m nos dois lados (veja o desenho abaixo). 10 armadilhas vão ser colocadas também na parcela C (*Brachiaria* sozinha).

Temos que arrumar a metodologia mas para começar, as 10 armadilhas serão deixadas três dias consecutivas no campo, antes da coleta dos insetos. As 10 armadilhas serão colocadas de novo na semana seguinte e isso ate a degradação completa das palhadas. As coletas de cada semana serão consideradas como uma repetição então não misturadas com as coletas da semana anterior.

*Desenho de uma faixa com a posição das armadilhas*



A etiquetagem dos frascos de conservação é primordial para conseguir uma leitura fácil dos resultados. As capturas das 10 armadilhas (da mesma faixa) serão misturadas no mesmo recipiente contendo álcool a 70° pela conservação dos bichos. O filtro pode servir para recuperar os insetos na água.

Na etiqueta do frasco de recuperação com álcool, preparado em forma antecipada no laboratório, escrever com um lápis de papel os dados seguintes:

**Data de colocação das armadilhas :** (data)

**Data de coleta:** (dia)

**Parcela N° :** (1, 2, 3, 10 ou C)

**Sistema :** (T1, T2, S1 ou S3) No final das observações no sistema S3, podemos repassar as armadilhas no sistema S4 (parcela 12).

O total de armadilhas monitoradas será então de 50 por semana. Se tiver tempo uma “repetição” nas parcelas de baixo poderia ser feita: parcelas 15, 16, 17, 24 (passando depois a 26).

### **3.3 Outros tipos de armadilhas**

Existem vários tipos de armadilhas e a imaginação não é limitada. Por exemplo, é possível atrair os percevejos *Dysdercus* com uma fonte alimentar a base de sementes de algodão. Na fazenda, ademais de tudo o dispositivo já descrito as armadilhas seguintes poderiam ser instaladas nesta safra.

#### **3.3.1 Armadilha de Malaise**

Trata-se de uma rede de interceptação. No projeto de monitoramento da broca-do-ponteiro (*Conotrachelus denieri*) este tipo de armadilha esta prevista. Poderia ser colocada na esquina frente a entrada do vento dominante (N-NW) no dispositivo de faixas, ou seja perto da BR, do lado da parcela AA. As indicações detalhadas serão dadas pela professora Ana Claudia (da UNIVAG).

#### **3.3.2 Armadilha luminosa**

A fazenda tem uma armadilha de luz fornecida pela empresa CERES (Evaldo Takizawa). Os insetos atraídos pela luz são capturados e conservados no álcool em particular todos os lepidópteros da família Noctuidae, tais como *Heliothis virescens*, *Helicoverpa zea*, *Alabama argillacea*, *Spodoptera* spp.

Ana Claudia (Univag) poderia colocar uma outra armadilha com uma pequena central elétrica (motorzinho), pelo projeto de monitoramento da broca do ponteiro.

#### **3.3.3 Armadilha de cor**

Trata-se de uma metodologia de atração dos insetos pela cor azul (tripes) ou amarelo (pulgões, moscas brancas). Painéis de papel colorido pegajosos são usados, geralmente em casa de vegetação ou espaços fechados. Mas também podem ser utilizados no campo, ou bandeja de água de cor amarela. Como qualquer tipo de armadilha, é preciso lembrar que as capturas são seletivas, você captura somente os insetos atraídos pelas cores. Eles podem ser pragas ou inimigos naturais (Sirfídeos, himenópteros parasitos).

Pelo momento, não esta prevista a instalação deste tipo de dispositivo.

## ANEXOS

### GUIA DAS TECNICAS BASICAS

#### Observações preliminares:

Este pequeno “Manual” não engloba todos os Insetos. Está destinado essencialmente a facilitar as observações e coleta de Insetos a campo, no caso da cultura do algodão.

Algumas indicações ainda são dadas sobre Ácaros e Aranhas.

**O ciclo de desenvolvimento** de um Inseto compreende diferentes estágios que são: ovo, estágios larvais, ninfa e adulto. Todos os estágios podem ser parasitados. É mais comum a identificação das espécies com o estágio adulto. No caso de um lepidóptero antes da transformação da larva em adulto, ela pode tecer um casulo que envolve a crisálida. Este casulo pode ser de cor branca, amarela ou marrom.

Os inimigos naturais das pragas podem ser predadores (eles consomem uma presa), parasitas (internos ou externos) patógenos (nematóides, fungos, bactérias, vírus).

Porém é necessário saber que os insetos predadores igualmente podem ser parasitados. Também existem hiperparasitas (= parasitas de outros parasitas).

A melhor forma de conhecer os complexos de espécies presentes numa cultura é criar todos os estágios dos indivíduos encontrados no campo, observar seu desenvolvimento, fotografá-los, e conservá-los com as informações mais importantes (etiquetar) para que possamos identificar em seguida através de especialistas (UM especialista trabalha em geral com UMA família de insetos).

#### QUE FAZER SE ENCONTRA:

##### 1/ INSETOS DESCONHECIDOS (Adultos com corpo duro)

Colocam-se os adultos diretamente em um *frasco de vidro* contendo um pouco de papel higiênico umedecida com 4 gotas de *acetato etílico*. Os Insetos são deixados no frasco um momento após sua morte aparente afim de que eles não se despertem e, em seguida, colocados sobre as *capas de algodão*.

##### 2/ OVOS

Ver se eles estão agrupados ou isolados. Observar e anotar sua forma e sua cor. Colocá-los em um *criotubo* ou em um pequeno *tubo de vidro* de 5 cm de largura, fechado com um tampão de algodão. Observar cada dia o que sai.

\* Se são lagartas, levá-los sobre a mesma planta onde foram encontrados os ovos, para obter as crisálidas, logo as mariposas permitirão a identificação correta da espécie. Não esquecer de trocar regularmente o alimento evitando condensação nas paredes das caixas de criação. De preferência utilizar caixas airadas. Não manipular os Insetos com os dedos sem usar *pinças flexíveis* e *pincel fino*.

\* Se são predadores de pulgões (larvas de joaninhas por exemplo) levá-los em uma pequena caixa airada e alimentá-los cada dia com os pulgões, até obter os adultos.

\* Se são parasitas (pequenas vespas negras que saltam e voam) matá-los diretamente quando eles ainda estão vivos, colocando 3 gotas de acetato etílico sobre o tampão de algodão. Logo depositá-los sobre uma *minicapa de algodão* com uma etiqueta.

### 3/ LAGARTAS (CONHECIDAS OU DESCONHECIDAS)

Levá-los em caixas airadas até obtenção das crisálidas. Trocar o alimento todo dia, inclusive no sábado e domingo, prestando atenção em dar as partes vegetais (folhas, maçãs, flores) secas (sem orvalho da manhã). Certas espécies (*Spodoptera* por exemplo) têm necessidade de terra no fundo da caixa para fazer a pupa. Colocar terra (seca) ao final do ultimo estágio larval.

As crisálidas obtidas após são conservadas em grandes caixas airadas, sem vegetal, para que a mariposa possa voar livremente sem machucar suas asas. Quando a mariposa está bem desenvolvida matá-la em um frasco com acetato etílico e colocá-la em um envelope *para lepidópteros*, sobre o qual são escritas as informações necessárias (data, lugar, etc.).

Se as lagartas são parasitadas (casulos das parasitas externas), conservá-las e os casulos nos criotubos até a saída dos adultos (pequenas vespas ou moscas). Matar diretamente os que ainda estão VIVOS depositando 3 gotas de acetato etílico sobre o tampão de algodão. Colocar depois os parasitas com uma etiqueta sobre uma minicapa. Se a lagarta está parasitada colocá-la em um grande tubo de vidro (para facilitar a recuperação dos parasitas após sua saída).

### 4/ PULGÕES

As infestações de pulgões são às vezes observadas em plantas vizinhas das parcelas cultivadas. A presença de numerosas formigas sobre as plantas geralmente indica a ocorrência de insetos sugadores que produzem substâncias açucaradas (moscas brancas, cochonilhas, pulgões).

O que devemos fazer ?

a/ identificar a planta hospedeira ou secá-la e enviá-la para um botânico que poderá fazer a identificação.

b/ observar e recuperar para conhecer os diferentes predadores que poderemos encontrar: joaninhas, sirfídeos, lixeiros, Hemerobiidae. Estes podem ser os mesmos que aqueles encontrados no algodoeiro.

c/ buscar os cadáveres (= momias) de pulgões parasitados. Os corpos destes geralmente estão inchados, secos e duros de cor negra o amarelo dourado. A cor é diferente daquele que está vivo. Colocá-los em criotubos (um ou vários cadáveres do mesmo tipo em um tubo). Esperar a saída dos parasitas e atuar da mesma forma que para os parasitas de ovos ou de lagartas.

d/ tomar uma amostra da planta hospedeira, colocar a planta e os pulgões em uma grande caixa airada. Um ou dois dias depois, os pulgões alados caminham sobre a tampa da caixa.

Recuperá-los com os pulgões sem asas em *frascos de vidro* ou em *tubos* bem *fechados* contendo *álcool 70%* (álcool de farmácia diluído). Os pulgões são colocados vivos no álcool. Colocar nos frascos de vidro uma etiqueta escrita a lápis com as indicações úteis (data de coleta, planta hospedeira, lugar, etc.).

## 5/ PUPAS (OU CASULOS) NO CAMPO

Podem ser parasitados. Tentar identificá-los logo colocá-los **SEPARADOS** de outros Insetos, nos tubos se suspeita a presença de parasitas (UMA pupa em UM tubo). Se os parasitas saem, efetuar as operações habituais descritas para os parasitas dos ovos ou de larvas. Se a mariposa adulta é visível através da pupa, colocá-la em uma caixa airada para permitir a mariposa adulta desenvolver bem suas asas ao sair.

## 6/ MARIPOSAS

As formas das asas servem para identificar as espécies. Elas estão recobertas de escamas que aderem nos dedos. Não é necessário tocar as mariposas com os dedos. Matar os adultos bem formados com acetato etílico e colocá-los segundo seu tamanho em pequenos envelopes para fixá-los.

## 7/ PREDADORES DE PULGÕES (joaninhas, sirfídeos, lixeiros,...)

Verificar se alguns deles não estão parasitados (as larvas de joaninhas parasitadas geralmente são de cor negra, seus corpos fixos sobre as plantas em uma posição característica).

Tentar encontrar entre as colônias de pulgões ovos de seus predadores, larvas, pupas e adultos.

Criar as larvas alimentando-as cada dia, colocar as pupas nos criotubos, obter uma amostra dos adultos, matá-los com acetato etílico e colocá-los em uma minicapa de algodão para fazê-los identificar por um especialista. Colocar os ovos nos criotubos para obter (eventualmente) os parasitas.

## 8/ ÁCAROS

Verificar a presença de teias na parte inferior das folhas e passar os indivíduos nos frascos de vidro ou nos tubos com álcool 70%.

## 9/ ARANHAS

São colocados em álcool 70%. A princípio são necessários adultos de ambos os sexos.

### **Dois erros que devem ser evitados**

- Não confundir as larvas de percevejos com adultos. Estes têm asas desenvolvidas completamente enquanto que as larvas têm unicamente parte de suas asas sobre os ombros.
- Não confundir os casulos das aranhas com os casulos de Hemerobiidae ou lixeiros.

## **A CONSERVAÇÃO DAS AMOSTRAS**

Os Insetos são conservados secos até que seu corpo esteja duro, sobre algodão (capas ou minicapas). Bolinhas de naftalina podem ser agregadas caixas de contenção das capas.

Os Insetos que tem corpos moles são conservados em álcool 70% (tubos herméticos ou frascos de vidro). Os Himenópteros parasitas são conservados secos sobre pequenas capas (minicapas de algodão).

O caso dos tripses é particular. Os especialistas deste grupo de Insetos recomendam colocar a princípio em álcool de baixa concentração (10%) com um umectante (detergente) a 1 ou 2 por mil logo 10 dias mais tarde, colocá-los em um tubo com álcool 70%.

Os percevejos da família *Miridae* são conservados preferencialmente em tubos de filmes fotográficos contendo serragem bem fina e algumas gotas de acetato etílico.

## **A ETIQUETA**

### **Com que escrever sobre as etiquetas ?**

As etiquetas colocadas nos frascos de vidro são escritos com lápis.

Sobre as minicapas e capas se podem colocar todas as informações necessárias.



## O que escrever sobre as etiquetas ?

- país (ex.: Brasil, Paraguai), estado...
- nome da cidade onde se coletou (ex.: Cascavel, Ybycui)
- data de coleta;
- planta e o órgão sobre o qual o inseto foi coletado;
- nome do inseto hospedeiro se o inseto é um parasita (ex.: parasita de *Alabama argillacea*)
- nome da presa se o inseto é um predador que foi visto alimentando-se desta presa (ex.: predador de *Aphis gossypii*)

OU/E

Dá-se um N° de identificação ao inseto (ex.: FME 32, para Fazenda Mourão Edílson numero 32) e todas as informações são escritas em um **caderno de identificação** especialmente reservado para este uso.

## LEMBRAR O QUE NÃO SE DEVE FAZER

- Pegar os Insetos com os dedos
  - Escrever com caneta sobre etiquetas
  - Colocar acetato etílico em recipientes plásticos sensíveis a este produto (o plástico transparente se torna opaco)
  - Esquecer de verificar o nível de álcool nos tubos ou frascos de conservação. Se você esquece os insetos apodrecem
  - Não coletar somente um indivíduo por espécie. É preferível coletar vários indivíduos de uma espécie, a fim de conservar os exemplares locais, para coleção, e permitir aos especialistas praticar certas operações como a observação das partes genitais que necessitam dessecação (logo as destruições parciais das amostras).
- (Esta coleta numerosa de indivíduos não é sempre possível como no caso de percevejos *Reduviidae* por exemplo).
- Colocar as lagartas nas caixas sem ventilação, e deixá-las no campo no sol. A condensação que aparecerá sobre os paredes vai matar posteriormente as lagartas. Utilizar sempre caixas airadas e colocá-las na sombra.



## MATERIAL : PARA QUE SERVE ?

### Frasco de vidro (modelo grande)

Serve para matar os grandes insetos. Potes de doce de grande abertura são bons. Se coloca papel absorvente como papel higiênico (com acetato etílico).



### Frasco de vidro (modelo pequeno)

Coloca-se álcool 70%. Servem para aranhas, ácaros e pequenos insetos que tem o corpo mole como:

- pulgões (com ou sem asas);
- as diversas larvas, mortas na criação por exemplo e se quiser identificar a causa da morte;
- as moscas brancas adultas, ou melhor, suas exúvias (= pupas após a saída do adulto);



### Acetato etílico



Este produto se conserva em pequenos frascos de “colírio” (conta gotas para os olhos). Serve para matar os Insetos: mariposas (= Lepidópteros), Coleópteros (*Diabrotica*, joaninhas,...) Himenópteros (parasitas de lagartas ou de pupas de curuquerê, *Alabama argillacea*, parasitas dos ovos,...) Dípteros (moscas, sirfídeos,...).

Os grandes insetos (Coleópteros) são colocados em um frasco de vidro. Pinga-se algumas gotas de acetato etílico sobre o papel absorvente.



Os pequenos Insetos (parasitas) são criados nos criotubos.

### Criotubos



Estes tubos são transparentes, irrompíveis e resistentes ao acetato etílico. Pode-se utilizar em seu lugar tubos de vidro de 5 cm de altura. A tampa do criotubo é substituída por um tampão de algodão.



TODOS OS ESTÁGIOS DOS INSETOS DOS QUAIS SE ESPERA OBTER OS PARASITAS SÃO COLOCADOS NOS TUBOS.

a/ os ovos encontrados sobre as plantas da seguinte forma:

- \* se o ovo é encontrado sozinho sobre uma folha, por exemplo, se coloca sozinho no tubo.
- \* se um grupo de ovos é encontrado, como no caso de *Spodoptera* spp., se colocam juntos os ovos no tubo.

NÃO SE MISTURA NUNCA NO MESMO TUBO OS OVOS PROVENIENTES DE DIFERENTES INSETOS.

b/ as lagartas parasitadas cujos corpos estão duros (“lagartas inchadas”)

c/ os pulgões, cochonilhas, larvas e pupas de moscas brancas parasitadas cujos corpos estão inchados e secos

d/ os estágios imóveis (pupas) no ciclo dos Insetos, como crisálidas de mariposas, pupas de moscas e joaninhas,...

e/ os casulos de cor branca ou amarela encontrados sobre as plantas. Os casulos ISOLADOS são levados UM por tubo, os casulos agrupados são colocados em um MESMO tubo, depois de ter retirado o cadáver da lagarta.

f/ os casulos de lixeiros e Hemerobiidae

Quando os parasitas saírem, se espera que tomem formas e cores finais, logo os mata depositando 3 gotas de acetato etílico sobre o algodão que tampa o tubo.

## Caixas airadas

Pequenas ou grandes, redondas ou retangulares, estas caixas servem para criação de larvas encontradas. O tamanho da caixa é escolhida em função do inseto a criar.

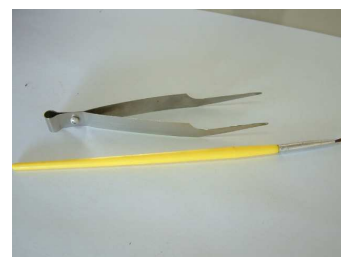
As caixas de plástico (tipo acrílico) podem servir. Elas são perfuradas e na parte perfurada se coloca uma pequena tela (de náilon ou melhor em metal inoxidável, bem finos).



**NÃO SE COLOCA JAMAIS ACETATO ETILICO NESTAS CAIXAS MESMO SOBRE UM PEDAÇO DE ALGODÃO !**

## Pinças flexíveis e pincel fino

Estes instrumentos servem para manipular os Insetos sem tocá-los com os dedos. A exceção dos grandes Insetos duros, **NÃO SE DEVE TOMAR OS INSECTOS COM OS DEDOS !**



## Capas e minicapas de algodão

As capas são feitas de um fundo de papelão rígido, recoberto de algodão (tipo farmácia), envolto todo em papel marrom. Elas servem para conservar os grandes Insetos.



Muitas capas podem ser empilhadas em uma caixa de ferro para enviá-las posteriormente aos especialistas.

As minicapas de algodão são pequenas caixas retangulares em plástico transparente nas quais se coloca algodão (as dimensões variam segundo o tamanho do inseto: por exemplo 60 mm x 45 mm x 5 mm para os pequenos Himenópteros parasitas).



Os parasitas obtidos dos pequenos Insetos que se quer identificar são depositados sobre o algodão das minicapas. Os parasitas obtidos de UM inseto são depositados sobre UMA minicapa.

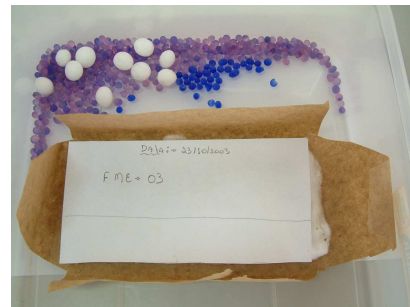
E possível misturar parasitas provenientes de diferentes insetos sobre a mesma minicapa a condição de bem indicar sobre o papel a origem dos insetos ou os códigos.

Coloca-se uma etiqueta sobre os insetos nos dois casos, com as indicações necessárias. Atenção ao fechar as caixas (para não danificar os insetos).

### Sílica gel

Esta substancia (grãos redondados) permite absorver a umidade do ar evitando assim o desenvolvimento de fungos sobre os insetos conservados a seco.

Os grãos azuis viram-se rosado quando pegaram a umidade do ar. Para recuperar a cor azul (grãos dessecados) preciso passar no forno os grãos rosados.



### Envelopes para lepidópteros

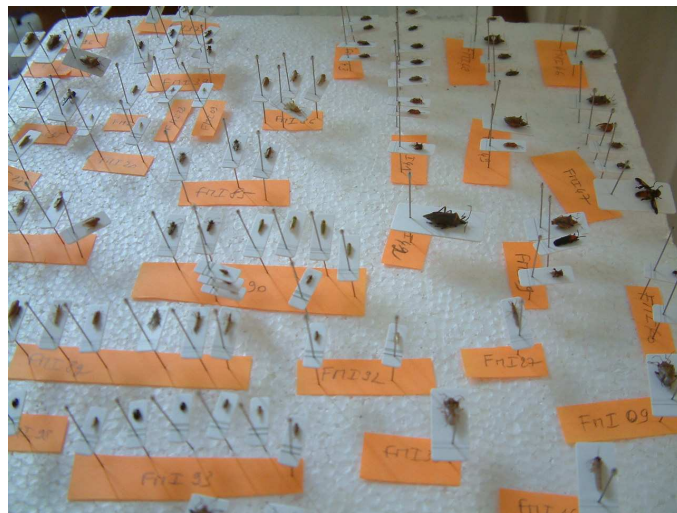
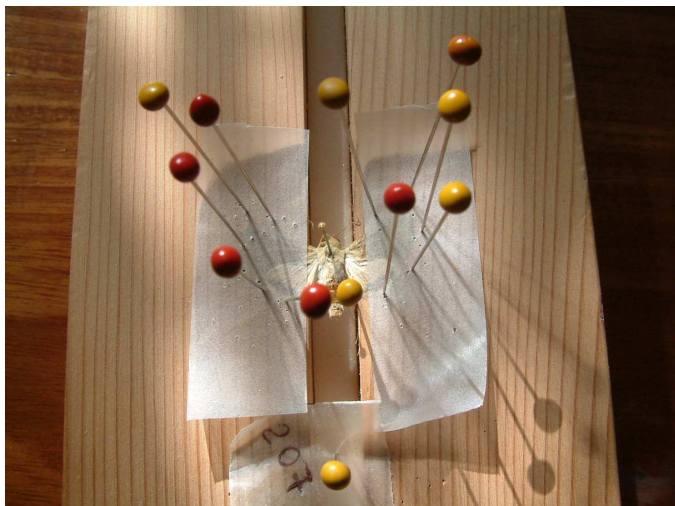
São pequenos envelopes de papel transparente (ou papel de jornal) nos quais se colocam as mariposas. Suas asas não serão danificadas. Eles são de forma triangular. Escreve-se nos envelopes as informações necessárias.





## PREPARAÇÃO DOS INSETOS

A preparação tem como objetivo facilitar a observação dos caracteres morfológicos para identificar o inseto. Este trabalho será efetuado pelos especialistas da área, após a recepção do material, ou pelo Pierre, responsável do projeto, no caso do estabelecimento das caixas entomológicas destinadas à ajuda aos produtores.



## IDENTIFICAÇÃO DE INSETOS

Consultar os manuais que existem podem ajudá-lo a dar uma identificação a espécie que coletou ou obtido na sala de criação. Porém devemos lembrar que a identificação de insetos SEMPRE é um trabalho de especialistas. Geralmente cada um deles conhece bem uma família em particular, por exemplo a família *Noctuidae*. No entanto é necessário enviar as amostras aos especialistas ou ao responsável de um laboratório central que possam contatá-los.

*Sempre é preferível de escrever aos especialistas antes do envio das amostras.*

A identificação pode tomar seu tempo. Não seja impaciente. Efetivamente, se o Inseto é novo ou difícil de identificar são necessárias investigações na literatura publicada e em coleções de referências dos grandes Museus do mundo. As espécies novas geralmente são descritas por especialistas que depositam um exemplar padrão (holótipo) em um Museu.

Sempre é mais seguro enviar vários exemplares de uma mesma espécie e conservá-los cada um como referência. No caso dos parasitas é muito útil efetuar a contagem a fim de determinar o impacto sobre o hospedeiro (porcentagem de parasitismo).

Nossa lista de especialistas atualizada é a seguinte:

Henri-Pierre Aberlenc (CIRAD): Coccinellidae, Coleópteros  
Gérard Delvare (CIRAD), microhimenopteros parasitoides  
Jean-Michel Maldès (CIRAD), percevejos  
Michel Martinez (INRA), alguns Diptera  
Bruno Michel (CIRAD), percevejos, Thysanoptera  
Didier Morin (CIRAD), gafanhotos  
P. Silvie (IRD/CIRAD), pragas e inimigos comuns  
Ayres Menezes Junior (UEL), himenopteros parasitoides, alguns percevejos (e ele faz uma outra repartição das amostras com colegas)  
Paulo Fiuza Ferreira (UFV), Miridae  
Alexandre Specht (UCS), Noctuidae  
Beatriz S. Corrêa-Ferreira (EMBRAPA-Soja), Chrysomelidae comuns  
Bolivar Garcete (Museu Paraguai), Vespidae  
Sérgio de Freitas (UNESP, Jaboticabal) Chrysopidae, Hemerobiidae

Outros estão em fase contato.